Iranian Journal of Field Crops Research
Homepage: https://jcesc.um.ac.ir

Research Article
Vol. 21, No. 2, Summer 2023, p. 127-142

Assessment of Photosynthetic Traits of Kabuli-type Chickpea Genotypes under Salinity Stress

Z. Nasiri[1], J. Nabati[2*], A. Nezami[3], M. Kafi[3]

Received: 19-05-2019 Revised: 27-07-2019 Accepted: 29-09-2019	**How to cite this article:** Nasiri, Z., Nabati, J., Nezami, A., & Kafi, M. (2023). Assessment of Photosynthetic Traits of Kabuli-Type Chickpea Genotypes under Salinity Stress. *Iranian Journal of Field Crops Research, 21*(2), 127-142. (in Persian with English abstract). https://doi.org/10.22067/gsc.v0i0.80785

Introduction

The effect of salinity stress on the quantity and quality of crop production highlights the importance of managing and reducing the damage caused by this stress factor in agriculture. Increasing soil salinity and decreasing fertility of arable lands is one of the major problems in saline areas. Cultivation of salt-tolerant crops which can increase soil fertility could be effective in the sustainable production of these lands. Studying photosynthesis and its related factors could provide appropriate physiological views in understanding plant behavior against salinity stress. The present study was conducted to assess the salinity tolerance of chickpea genotypes for cultivation in saline areas.

Materials and Methods

To evaluate the effects of salinity stress on photosynthetic criteria and yield of chickpeas, an experiment was conducted in 2018 at the research farm of the faculty of agriculture, Ferdowsi University of Mashhad, Mashhad, Iran. The experiment was arranged as a split plot based on a randomized complete block design with three replications. Experimental factors consisted of salinity levels (0.5 and 8 $dS.m^{-1}$) as the main plot and chickpea genotype (17 kabuli-type genotypes) as the subplot. Seeds were provided from the Mashhad chickpea collection of the Center for Plant Sciences, Ferdowsi University of Mashhad, Mashhad, Iran. Seeds were planted on March 11th and complementary irrigation was done in three growth stages of pre-flowering, flowering, and pod-filling. Sodium chloride was used to prepare saline solutions and the irrigation water rate was measured by water meter. Photosynthetic criteria including photosynthesis rate, evapotranspiration, stomatal conductance, and resistance and concentration of photosynthetic pigments were measured in the 50% flowering stage.

Results and Discussion

Results indicated that the lowest and highest reduction in the concentration of chlorophyll *a* was found in MCC65 (6%) and MCC83 (3.3 times increase), respectively. Increasing salinity level increased the concentration of chlorophyll *b* in MCC65 and MCC139, the ratio of chlorophyll a/b in MCC92, MCC139, and MCC776, carotenoids concentration in MCC77, MCC92, MCC313, and MCC679 and total pigments in MCCMCC77, MCC92, MCC298, and MCC679. Increasing salinity levels led to higher evapotranspiration in 14 genotypes except for MCC65, MCC95, and MCC298 in which 37, 54, and 63% decrease of this parameter was observed. Increasing salinity level increased photosynthesis rate in 7 genotypes of MCC12, MCC65, MCC72, MCC92, MCC95, MCC679 and MCC776 among which MCC95 and MCC679 showed the highest percentage increase (61 and 53%, respectively). The highest increase in sub-stomatal CO_2 (51, 49, and 40 ppm) with increasing salinity levels, was found in MCC485, MCC776, and MCC313, respectively. An increase of 28 and 8% in stomatal conductance was found in MCC65 and MCC95. Stomatal resistance was only reduced in MCC77, MCC420, and MCC29. Higher salinity levels also led to 3.4 times, 67, 14, and 13% increase in instantaneous water use efficiency in MCC95, MCC65, MCC92, and MCC298, respectively. Biomass and seed yield declined

1- MSc. Student of Agronomy, Faculty of Agriculture, Ferdowsi University of Mashhad, Mashhad, Iran
2- Assistant Professor, Research Center for Plant Sciences, Ferdowsi University of Mashhad, Mashhad, Iran
3- Professor, Faculty of Agriculture and Research Center for Plant Sciences, Ferdowsi University of Mashhad, Mashhad, Iran
(*- Corresponding Author Email: jafarnabati@ferdowsi.um.ac.ir)
https://doi.org/10.22067/gsc.v0i0.80785

in all genotypes by salinity. The highest seed yield was observed in MCC65, MCC77, MCC92, and MCC95 with 142, 148, 167, and 166 $g.m^{-2}$ respectively in saline conditions. There was a negative significant correlation between seed yield and evapotranspiration ($r=-0.43^{**}$), and stomatal resistance ($r=-0.38^{**}$), and a significant positive correlation between seed yield and biomass ($r=0.61^{**}$) and photosynthesis ($r=0.24^{**}$) and stomatal conductance (0.36^{**}).

Conclusion

In general, the results of this experiment indicated the diversity among chickpea genotypes for salinity tolerance caused by saline irrigation water. Studying some photosynthetic criteria in 17 kabuli-type chickpea genotypes under salinity stress showed high diversity in physiological responses of chickpeas to salinity stress which could be used in the selection and breeding of salt-tolerant cultivars. MCC65, MCC77, MCC92, and MCC95 were superior in most studied criteria in saline conditions and even performed, unlike the declining trend of the other genotypes. It seems that these genotypes could produce reasonable seed yield in salinity levels up to $8dS.m^{-1}$.

Keywords: Biomass, Chlorophyll, Evapotranspiration, Stomatal conductance

نشریه پژوهشهای زراعی ایران
Homepage: https://jcesc.um.ac.ir

مقاله پژوهشی
جلد ۲۱، شماره ۲، تابستان ۱٤۰۲، ص ۱٤۲-۱۲۷

ارزیابی ویژگی‌های فتوسنتزی ژنوتیپ‌های نخود کابلی (*Cicer arietinum* L.) در تنش شوری

زهرا نصیری[1]، جعفر نباتی[2*]، احمد نظامی[3]، محمد کافی[3]

تاریخ دریافت: ۱۳۹۸/۰۲/۲۹
تاریخ پذیرش: ۱۳۹۸/۰۷/۰۷

چکیده

تنش شوری در بیشتر مواقع بر تولید کمی و کیفیت محصول تأثیر منفی داشته و شناسایی جنبه‌های مختلف آن برای مدیریت کاهش خسارت آن در تولید محصولات زراعی از اهمیت بالایی برخوردار است. این آزمایش به‌صورت کرت‌های خردشده در قالب طرح بلوک‌های کامل تصادفی با سه تکرار در مزرعه دانشگاه فردوسی مشهد در سال ۹۷-۱۳۹۶ اجرا شد. سطوح شوری ۰/۵ به‌عنوان شاهد و ۸ dSm^{-1} در کرت‌های اصلی و ۱۷ ژنوتیپ نخود کابلی در کرت‌های فرعی در نظر گرفته شدند. نتایج نشان داد که میزان تبخیر و تعرق با اعمال تنش شوری افزایش و تنها در ژنوتیپ‌های MCC65، MCC95 و MCC298 به‌ترتیب ۳۷، ۵۴ و ۶۳ درصد نسبت به شاهد کاهش یافت. تنش شوری میزان فتوسنتز را در ژنوتیپ‌های MCC12، MCC65، MCC72، MCC92، MCC95، MCC679 و MCC776 افزایش یافت. هدایت روزنه‌ای در ژنوتیپ‌های MCC65 و MCC95 با اعمال شوری به‌ترتیب ۲۸ و ۸ درصد افزایش یافت. با اعمال تنش شوری، کارایی مصرف آب در ژنوتیپ‌های MCC95، MCC65، MCC92 و MCC298 به‌ترتیب با ۳/۴ برابر، ۶۷، ۱۴ و ۱۳ درصد افزایش یافت. میزان زیست‌توده با اعمال تنش شوری در تمامی ژنوتیپ‌ها روند کاهشی داشت. در تمامی ژنوتیپ‌ها با اعمال تنش شوری میزان عملکرد دانه کاهش یافت و بیشترین عملکرد دانه در شرایط شور مربوط به ژنوتیپ‌های MCC65، MCC77، MCC92 و MCC95 به‌ترتیب با ۱۴۲، ۱۴۸، ۱۶۷ و ۱۶۶ گرم در مترمربع بود. به‌طورکلی ژنوتیپ‌های MCC65، MCC77، MCC92، MCC95 در شرایط تنش شوری در بیشتر صفات برتری داشته و حتی در برخی صفات توانسته‌اند در شرایط تنش شوری برخلاف روند سایر ژنوتیپ‌ها در جهت تحمل به تنش عمل کنند.

واژه‌های کلیدی: تبخیر و تعرق، زیست‌توده، عملکرد دانه، کلروفیل، هدایت روزنه‌ای

مقدمه

گیاهان در معرض طیف وسیعی از تنش‌های محیطی مانند دمای بالا، سرما، خشکی و شوری هستند. تنش‌های زیستی علت اصلی کاهش عملکرد بیش از ۵۰ درصد محصولات در سراسر جهان هستند (Rasool, Ahmad, Siddiqi, & Ahmad, 2013). بیش از ۸۰۰ میلیون هکتار زمین‌های زراعی در سراسر جهان تحت تأثیر شوری قرارگرفته و این مناطق در حال گسترش هستند و این تهدیدی برای تولید مواد غذایی به‌شمار می‌رود (Munns & Tester, 2008). بر اساس بررسی‌های صورت گرفته، به‌طور تقریبی نیمی از زمین‌های فاریاب در ایران درگیر اثرات شوری خاک هستند و بخش وسیعی از اراضی ایران به‌ویژه مناطق مرکزی مستعد شوری هستند (Qureshi, Qadir, Heydari, Turral, & Javadi, 2007). تحمل شوری تحت کنترل یک ژن نبوده بلکه دارای طبیعت بسیار پیچیده‌ای است که به ویژگی‌های مختلف مورفولوژیکی و بیوشیمیایی وابسته است (Meloni, Olivia, Martinez, & Cambraia, 2003). با توجه به این نکته که فرایندهای فیزیولوژیکی، بیوشیمیایی و مولکولی رشد گیاه را کنترل می‌کنند، اما فتوسنتز یک رخداد کلیدی است که در رشد و نمو گیاه نقش اساسی دارد (Taiz & Zeiger, 2010) تنش شوری با کاهش هدایت روزنه‌ای، اسیمیلاسیون دی‌اکسید کربن و کاهش سرعت فتوسیستم II فتوسنتز را به شدت کاهش می‌دهد. به نظر می‌رسد این کاهش در نتیجه بسته شدن روزنه‌ها یا سایر ممانعت‌کننده‌های فتوسنتزی روی می‌دهد (Zhang & Deng, 2012). ممانعت از خروج آب و دریافت دی‌اکسیدکربن وابسته به تنظیم هدایت روزنه‌ای می‌باشد (Medici, Azevedo, Canellas,

۱- دانشجوی کارشناسی ارشد اگروتکنولوژی، دانشگاه فردوسی مشهد، مشهد، ایران
۲- استادیار گروه بقولات، دانشگاه فردوسی مشهد، مشهد، ایران
۳- استاد گروه اگروتکنولوژی و گروه بقولات دانشگاه فردوسی مشهد، مشهد، ایران
(*- نویسنده مسئول: Email: jafarnabati@ferdowsi.um.ac.ir)
https://doi.org/10.22067/gsc.v0i0.80785

Machado, & Pimentel, 2007). پژوهش‌ها نشان داده که صفاتی مانند میزان رنگ‌دانه‌های فتوسنتزی (Nabati *et al.*, 2015) میزان عملکرد زیست‌توده و عملکرد دانه (Hirich, Ragab, Choukr-Allah, & Rami, 2014) تحت تنش شوری کاهش می‌یابد. از طرفی صفاتی مانند میزان تعرق، هدایت روزنه‌ای و مقاومت روزنه‌ای افزایش می‌یابد (Nabati *et al.*, 2015). شناسایی ارقامی که تحت تنش شوری دارای رشد و عملکرد قابل‌قبولی باشند علاوه بر تأثیری که بر افزایش عملکرد محصول دارند می‌تواند بینشی در مورد فرایندهای تحمل به شوری و راهبردهایی برای به‌نژادی در اختیار قرار دهد (Munns & Tester, 2008). مطالعات صورت گرفته در ارتباط با خصوصیات تحمل به شوری گیاه نخود نشان داده است که این گیاه ازجمله گیاهان حساس به شوری است (Flowers *et al.*, 2010). نخود (*Cicer arietinum* L.) علاوه بر تثبیت نیتروژن، به سبب جایگاه سوم ازنظر تولید در میان کل حبوبات در آسیا، استرالیا و شمال آمریکا حائز اهمیت است (Roy, Boye, & Simpson, 2010) و یک منبع بسیار ارزشمند پروتئین، برای مصرف انسان در کشورهای درحال‌توسعه است (Asha Dhingra, 2007; Hameed *et al.*, 2012; Zaccardelli *et al.*, 2013). سطح زیر کشت نخود ۱۲/۶ میلیون هکتار و میزان تولید سالانه آن بیش از ۱۲ میلیون تن می‌باشد؛ در این میان ایران پس از کشورهای هند، پاکستان و استرالیا با ۴۳۴ هزار هکتار، رتبه چهارم سطح زیر کشت را دارا می باشد. میزان تولید سالانه نخود در ایران در حدود ۱۷۷ هزار تن و سرانه مصرف آن کمتر از دو کیلوگرم به ازای هر نفر می‌باشد. در این بین خراسان رضوی با ۷۲۷ هکتار سطح زیر کشت نخود، دارای میزان تولید ۱۱۵۰ کیلوگرم در هکتار می‌باشد (FAOSTAT, 2016). همانند اکثر حبوبات، جوانه‌زنی نخود نسبت به سایر مراحل رشدی کمتر تحت تأثیر شوری قرار می‌گیرد (Varshney *et al.*, 2009) حساسیت ژنوتیپ‌های نخود به شوری با افزایش رشد گیاه بیشتر می‌شود (Gandour, 2002). تنش شوری سبب کاهش رنگ‌دانه‌های فتوسنتزی می‌شود (Beltagi, 2008). کاهش فتوسنتز (Murumkar & Chavan, 1986)، کاهش میزان کاروتنوئیدها (Mudgal, Madaan, Mudgal, & Mishra, 2009) کاهش هدایت روزنه‌ای و عملکرد دانه نخود (Abdelaziz *et al.*, 2014) می‌شود.

با توجه به گسترش روزافزون تنش شوری و کاهش حاصلخیزی اراضی زراعی تحت تنش شوری از یک طرف و اهمیت تولید نخود در این مناطق به‌عنوان یک منبع پروتئینی مهم از طرف دیگر، مطالعه حاضر با هدف ارزیابی تحمل به شوری ژنوتیپ‌های نخود جهت کشت در این مناطق انجام شد.

مواد و روش‌ها

این مطالعه به‌صورت آزمایش کرت‌های خردشده بر پایه طرح بلوک کامل تصادفی با سه تکرار در مزرعه تحقیقاتی دانشکده کشاورزی دانشگاه فردوسی مشهد با طول جغرافیایی ۵۹ درجه و ۲۳ دقیقه طول شرقی و ۳۶ درجه و ۱۵ دقیقه عرض شمالی و ارتفاع ۹۸۵ متر از سطح دریا در سال زراعی ۹۷-۱۳۹۶ اجرا شد. هفده ژنوتیپ نخود کابلی مورداستفاده از بانک بذر حبوبات پژوهشکده علوم گیاهی دانشگاه فردوسی مشهد تهیه شد (جدول ۱). ژنوتیپ‌های مورد استفاده در این مطالعه حاصل گزینش مقدماتی تحمل به شوری در شرایط هیدروپونیک بودند. به‌منظور به‌گزینی تحمل به شوری ژنوتیپ‌های نخود، سطوح شوری آب آبیاری با هدایت الکتریکی هشت و تیمار شاهد نیم دسی‌زیمنس بر متر به‌عنوان عامل اصلی و ژنوتیپ‌ها به‌عنوان عامل فرعی در نظر گرفته شدند.

خاک محل مورد آزمایش دارای بافت لوم رسی، هدایت الکتریکی ۱/۳۱، اسیدیته ۷/۶۵، وزن مخصوص ظاهری ۱/۶۵ و کربن آلی آن ۱/۲۷ درصد بود. کاشت در ۲۰ اسفند ۱۳۹۶ انجام شد. هر کرت شامل چهار ردیف به طول دو متر با فاصله ردیف ۵۰ سانتی‌متر و فاصله بوته‌ها روی ردیف شش سانتی‌متر بود. فاصله بین کرت‌های فرعی یک متر در نظر گرفته شد. جهت جلوگیری از نفوذ شوری‌های مختلف بین تیمارهای آبیاری، فاصله بین بلوک‌ها دو متر در نظر گرفته شد. بلافاصله پس از کاشت آبیاری با هدایت الکتریکی نیم دسی‌زیمنس بر متر انجام و تیمار آبیاری (هشت دسی‌زیمنس بر متر) به‌صورت تکمیلی در سه مرحله به‌طور یکسان برای ۱۷ ژنوتیپ، قبل از گلدهی، زمان گلدهی و پر شدن غلاف‌ها انجام شد. از کلرید سدیم برای اعمال شوری هشت دسی‌زیمنس بر متر استفاده شد حجم آب آبیاری داده شده به هر کرت با استفاده از کنتور ثبت و مقدار آب در تمامی تیمارها یکسان در نظر گرفته شد. به‌منظور تهیه محلول شوری مقدار آب آبیاری در هر کرت اندازه‌گیری و بر این اساس مقدار نمک در هر لیتر محاسبه گردید. این محلول در مزرعه تهیه و به‌وسیله لوله در هر کرت توزیع شد.

ویژگی‌های فتوسنتزی، شامل میزان فتوسنتز، تبخیر و تعرق، هدایت و مقاومت روزنه‌ای و رنگ‌دانه‌های فتوسنتزی در زمان ۵۰ درصد گلدهی مورد ارزیابی قرار گرفت. به‌منظور تعیین عوامل فتوسنتزی، از جوان‌ترین برگ کاملاً توسعه‌یافته استفاده و فتوسنتز خالص برحسب میکرو مول دی‌اکسید کربن تثبیت‌شده بر مترمربع برگ در ثانیه، تعرق برحسب میلی‌مول آب بر مترمربع در ثانیه، هدایت روزنه‌ای برحسب مول آب بر مترمربع در ثانیه با دستگاه IRGA مدل LCA4 ساخت کشور انگلستان تعیین شد.

جدول ۱- ژنوتیپ‌های مورداستفاده در آزمایش و منشأ آن‌ها
Table 1- Used chickpea genotypes and their origin

ردیف No	شناسه در بانک بذر Seed bank ID		منشأ Origin
1	MCC12		IRAN
2	MCC65	Flip88-32c	ICARDA
3	MCC72	5302	ICRISAT
4	MCC77	Flip86-58c	ICARDA
5	MCC92	12228	ICRISAT
6	MCC95	217655	ICRISAT
7	MCC98	6102	ICRISAT
8	MCC139	217897	ICRISAT
9	MCC158	2217	ICRISAT
10	MCC298	CIYT-610	
11	MCC313	Flip90-183c	ICARDA
12	MCC420		IRAN
13	MCC483	Flip93-250c	ICARDA
14	MCC485	Flip93-252c	ICARDA
15	MCC500	Sel95TH1722	ICARDA
16	MCC679		IRAN
17	MCC776	Flip97-111c	ICARDA

MCC: کلکسیون نخود مشهد (بانک بذر نخود پژوهشکده علوم گیاهی دانشگاه فردوسی مشهد)
MCC: Mashhad Chickpea Collection

در این آزمایش به‌منظور اندازه‌گیری رنگیزه‌های فتوسنتزی از روش دری و همکاران (Dere, Gines, & Sivaci, 1998) استفاده شد. برای این منظور ۱۰۰ میلی‌گرم برگ تازه از برگ‌های جوان کاملاً توسعه‌یافته استفاده و رنگ‌دانه‌ها با استفاده از اتانول ۹۶ درصد استخراج شد. میزان جذب با استفاده از اسپکتروفتومتر در طول‌موج‌های ۴۷۰،۶۴۸ و ۶۶۴ نانومتر انجام شد. بر اساس معادله‌های زیر غلظت کلروفیل‌های a و b و کاروتنوئیدها محاسبه گردید. به‌منظور اندازه‌گیری غلظت رنگ‌دانه‌ها از جمع غلظت کلروفیل و کاروتنوئیدهای برگ استفاده شد. همچنین نسبت کلروفیل a به b نیز محاسبه گردید.

$$Chla=13.36\times A664-5.19\times A648$$
$$Chlb=27.43\ A648-8.12\ A664$$
$$C(x+c)=(1000\times A470-2.13\times Ca-97.64\times Cb)/209$$

کارایی مصرف لحظه‌ای آب با تقسیم مقدار فتوسنتز بر تبخیر و تعرق محاسبه گردید (Haghighi & Pessarakli, 2013). در انتهای فصل رشد در رشد دهه اول تیرماه با حذف نیم متر حاشیه از هر طرف سطح باقی‌مانده برداشت و عملکرد زیستی و دانه پس از خشک شدن در هوای آزاد اندازه‌گیری و ثبت شد.

تجزیه‌وتحلیل آماری با استفاده از نرم‌افزار Minitab 18 و مقایسه میانگین‌ها به روش آزمون حداقل اختلاف معنی‌دار (LSD) در سطح اطمینان ۹۵ درصد انجام گرفت.

نتایج و بحث

بین شاهد و تنش شوری اختلاف معنی‌داری ازنظر غلظت کلروفیل a مشاهده شد (جدول ۲). با افزایش میزان شوری از نیم به هشت دسی‌زیمنس بر متر غلظت کلروفیل a در ژنوتیپ‌های نخود ۸۲ درصد کاهش یافت (جدول ۲). بین ژنوتیپ‌های نخود ازنظر غلظت کلروفیل a تنوع معنی‌داری مشاهده شد (جدول ۲). به‌طوری‌که بین بیشترین (MCC776) و کمترین (MCC65 و MCC98) غلظت کلروفیل a در شرایط تنش شوری ۶۷ درصد تفاوت مشاهده شد (جدول ۲). برهمکنش تنش شوری و ژنوتیپ‌های نخود نشان داد که در تمامی ژنوتیپ‌ها با افزایش سطح تنش شوری غلظت کلروفیل a کاهش یافت (جدول ۲). با این‌وجود میزان تغییرات در ژنوتیپ‌های موردمطالعه متفاوت بود به‌طوری‌که کمترین میزان کاهش در ژنوتیپ MCC65 با شش درصد و بیشترین میزان کاهش در ژنوتیپ MCC483 با ۳/۳ برابر مشاهده شد (جدول ۲). البته به این نکته باید توجه کرد که ژنوتیپ MCC65 کمترین مقدار کلروفیل a را شرایط بدون تنش دارا بود و میزان تغییرات آن با افزایش تنش شوری نیز بسیار کم بود (جدول ۲).

جدول ۲- اثر تنش شوری بر غلظت کلروفیل a و کلروفیل b در ژنوتیپ‌های نخود کابلی

Table 2- Effect of salinity on Chlorophyll a, Chlorophyll b content in chickpeas genotypes

Genotype	**Chlorophyll a (mg.gFW^{-1})**			**Genotype**	**Chlorophyll b (mg.gFW^{-1})**		
ژنوتیپ	**کلروفیل a**			**ژنوتیپ**	**کلروفیل b**		
MCC	0.5 dS.m^{-1}	8 dS.m^{-1}	Mean	MCC	0.5 dS.m^{-1}	8 dS.m^{-1}	Mean
12	0.730^{a}	0.413^{a}	0.571^{A}	12	0.475^{ab}	0.272^{a-c}	0.374^{A}
65	0.368^{a}	0.350^{a}	0.359^{A}	65	0.204^{bc}	0.249^{a-c}	0.227^{AB}
72	0.588^{a}	0.209^{a}	0.399^{A}	72	0.187^{c}	0.144^{c}	0.165^{B}
77	0.596^{a}	0.318^{a}	0.457^{A}	77	0.327^{bc}	0.191^{c}	0.259^{AB}
92	0.465^{a}	0.320^{a}	0.392^{A}	92	0.252^{a-c}	0.140^{c}	0.196^{AB}
95	0.572^{a}	0.396^{a}	0.484^{A}	95	0.315^{a-c}	0.251^{a-c}	0.283^{AB}
98	0.451^{a}	0.272^{a}	0.362^{A}	98	0.340^{a-c}	0.214^{bc}	0.277^{AB}
139	0.625^{a}	0.420^{a}	0.522^{A}	139	0.154^{c}	0.225^{a-c}	0.189^{B}
158	0.606^{a}	0.318^{a}	0.462^{A}	158	0.308^{a-c}	0.221^{a-c}	0.265^{AB}
298	0.808^{a}	0.345^{a}	0.577^{A}	298	0.377^{a-c}	0.189^{c}	0.283^{AB}
313	0.544^{a}	0.373^{a}	0.459^{A}	313	0.255^{a}-^{c}	0.196^{bc}	0.225^{AB}
420	0.648^{a}	0.375^{a}	0.511^{A}	420	0.262^{a-c}	0.212^{bc}	0.237^{AB}
483	0.856^{a}	0.265^{a}	0.561^{A}	483	0.407^{a-c}	0.194^{bc}	0.300^{AB}
485	0.528^{a}	0.346^{a}	0.437^{A}	485	0.262^{a-c}	0.202^{bc}	0.232^{AB}
500	0.583^{a}	0.272^{a}	0.427^{A}	500	0.394^{a-c}	0.176^{c}	0.285^{AB}
679	0.483^{a}	0.337^{a}	0.410^{A}	679	0.272^{a-c}	0.191^{c}	0.231^{AB}
776	0.833^{a}	0.358^{a}	0.596^{A}	776	0.500^{a}	0.173^{c}	0.337^{AB}
Mean	$0.605^{(A)}$	$0.335^{(B)}$		Mean	$0.311^{(A)}$	$0.202^{(B)}$	
	Salinity	Genotype	Genotype×Salinity		Salinity	Genotype	Genotype×Salinity
P value	0.001^{**}	0.074^{ns}	0.123^{ns}	P value	0.001^{**}	0.006^{**}	0.001^{**}
CV%	31			CV%	16		

$LSD_{0.05}$: حداقل اختلاف معنی‌دار در سطح پنج درصد، ns: عدم معنی‌دار در سطح پنج درصد، *: معنی‌دار در سطح احتمال پنج درصد، **: معنی‌دار در سطح احتمال یک درصد، CV: ضریب تغییرات.

$LSD_{0.05}$: Least significant difference at the level of 0.05, ns: non-significant, *: significant at probability level 5%, **: significant at probability level 1%, CV: Coefficient variation.

ازنظر غلظت کلروفیل b بین سطوح تنش شوری و ژنوتیپ‌های موردمطالعه تفاوت معنی‌داری وجود داشت، اما برهمکنش سطوح تنش شوری و ژنوتیپ‌ها حاکی از تفاوت معنی‌داری در این ویژگی بود (جدول ۲). در بیشتر ژنوتیپ‌ها با اعمال تنش شوری هشت دسی‌زیمنس بر متر غلظت کلروفیل b کاهش یافت اما در دو ژنوتیپ MCC65 و MCC139 برخلاف روند سایر ژنوتیپ‌ها غلظت کلروفیل b با اعمال تنش شوری افزایش یافت (جدول ۲). بیشترین میزان کاهش غلظت کلروفیل b با اعمال تنش شوری در ژنوتیپ MCC776 با ۲/۹ برابر کاهش مشاهده شد (جدول ۲).

محتوی کاروتنوئیدهای برگ با اعمال تنش شوری کاهش معنی‌دار یافت (جدول ۳). در میان ژنوتیپ‌ها، کمترین غلظت کاروتنوئیدها در ژنوتیپ‌های MCC298 و MCC679 و بیشترین غلظت در ژنوتیپ MCC776 تولید شد که تفاوت میان آن‌ها ۲/۳ برابر بود (جدول ۳). برهمکنش سطوح تنش شوری و ژنوتیپ‌های نخود کابلی ازنظر میزان کاروتنوئیدها نشان داد که ژنوتیپ‌های موردمطالعه به سه گروه قابل تقسیم است. گروه اول ژنوتیپهایی که با اعمال تنش شوری میزان کاروتنوئیدهای آن‌ها کاهش یافت که بیشترین تعداد ژنوتیپ‌ها (۱۰ ژنوتیپ) در این گروه قرار گرفتند. گروه دوم ژنوتیپ‌هایی که با اعمال تنش شوری میزان کاروتنوئیدهای آن‌ها افزایش یافت که چهار ژنوتیپ MCC77، MCC92، MCC313 و MCC679 در این گروه قرار گرفتند و بیشترین افزایش مربوط به ژنوتیپ MCC92 با ۸۳ درصد بود. گروه سوم ژنوتیپ‌هایی که با اعمال تنش شوری تغییری در میزان کاروتنوئیدهای آن‌ها حاصل نشد که شامل ژنوتیپ‌های MCC65، MCC139 و MCC298 بودند (جدول ۳).

جدول ۳- اثر تنش شوری بر غلظت کاروتنوئیدها در ژنوتیپ‌های نخود کابلی

Table 3- Effect of salinity on concentration of carotenoids in chickpeas genotypes

Genotype	Carotenoids ($mg.gFW^{-1}$)		
ژنوتیپ	کاروتنوئیدها		
MCC	0.5 dSm^{-1}	8 $dS.m^{-1}$	Mean
12	0.151^{a}	0.095^{a}	0.123^{A}
65	0.083^{a}	0.075^{a}	0.079^{A}
72	0.139^{a}	0.054^{a}	0.096^{A}
77	0.154^{a}	0.173^{a}	0.164^{A}
92	0.062^{a}	0.112^{a}	0.087^{A}
95	0.117^{a}	0.079^{a}	0.098^{A}
98	0.134^{a}	0.063^{a}	0.099^{A}
139	0.105^{a}	0.101^{a}	0.103^{A}
158	0.134^{a}	0.081^{a}	0.108^{A}
298	0.078^{a}	0.084^{a}	0.081^{A}
313	0.101^{a}	0.190^{a}	0.145^{A}
420	0.112^{a}	0.088^{a}	0.100^{A}
483	0.160^{a}	0.053^{a}	0.107^{A}
485	0.120^{a}	0.095^{a}	0.108^{A}
500	0.181^{a}	0.082^{a}	0.132^{A}
679	0.066^{a}	0.088^{a}	0.077^{A}
776	0.270^{a}	0.090^{a}	0.180^{A}
Mean	$0.128^{(A)}$	$0.094^{(B)}$	
	Salinity	Genotype	Genotype×Salinity
P value	0.003^{**}	0.068^{ns}	0.019^{ns}
CV%	49.5		

$LSD_{0.05}$ ،$LSD_{0.}$: حداقل اختلاف معنی‌دار در سطح پنج درصد، ns: عدم در سطح پنج درصد معنی‌دار، *: معنی‌دار در سطح احتمال پنج درصد، **: معنی‌دار در سطح احتمال یک درصد، CV: ضریب تغییرات.

$LSD_{0.05}$: Least significant difference at the level of 0.05, ns: non-significant, *: significant at probability level 5%, **: significant at probability level 1%, CV: Coefficient variation.

باوجود کاهش غلظت کل رنگ‌دانه‌های فتوسنتزی با اعمال تنش شوری این تفاوت ازنظر آماری معنی‌دار نبود (جدول ۴). سه ژنوتیپ MCC776، MCC123 و MCC12 نسبت به سایر ژنوتیپ‌ها از رنگ‌دانه‌های فتوسنتزی بیشتری برخوردار بودند (جدول ۴). تفاوت بین بیشترین (MCC776) و کمترین (MCC779 و MCC72) غلظت کل رنگ‌دانه‌های فتوسنتزی ۲/۱ برابر بود (جدول ۴). برهمکنش سطوح تنش شوری و ژنوتیپ‌های نخود ازنظر غلظت کل رنگ‌دانه‌های فتوسنتزی معنی‌دار بود (جدول ۴). در میان ۱۷ ژنوتیپ موردمطالعه، ۱۳ ژنوتیپ با اعمال تنش شوری از تیمار شاهد به هشت دسی‌زیمنس بر متر غلظت کل رنگ‌دانه‌های فتوسنتزی آن‌ها کاهش یافت که در این میان دو ژنوتیپ MCC483 و MCC776 بیشترین میزان کاهش و سه ژنوتیپ MCC313، MCC65 و MCC95 کمترین میزان را دارا بودند (جدول ۴). از سوی دیگر چهار ژنوتیپ MCC77، MCC92، MCC298 و MCC679 برخلاف روند سایر ژنوتیپ‌ها با اعمال تنش شوری، غلظت کل رنگ‌دانه‌های فتوسنتزی در آن‌ها افزایش یافت (جدول ۴).

بررسی همبستگی بین صفات موردمطالعه نشان داد که بین کلروفیل a با کلروفیل b ($r=۰/۶۸^{**}$)، کاروتنوئیدها ($r=۰/۵۳^{**}$) و کل رنگ‌دانه‌های فتوسنتزی ($r=۰/۶۴^{**}$) و همچنین بین کلروفیل b با کاروتنوئیدها ($r=۰/۵۴^{**}$) و کل رنگ‌دانه‌های فتوسنتزی ($r=۰/۵۶^{**}$) همبستگی مثبت و معنی‌داری مشاهده شد (جدول ۹). مقدار کلروفیل و رنگ‌دانه‌های فتوسنتزی نقش مؤثری در توان فتوسنتزی گیاهان دارند و به همین دلیل مستقیماً بر میزان و سرعت فتوسنتز و درنهایت تولید زیست‌توده مؤثر هستند (Nabati *et al.*, 2015).

جدول ٤- اثر تنش شوری بر غلظت کل رنگ‌دانه‌های فتوسنتزی و تبخیر و تعرق در ژنوتیپ‌های نخود کابلی

Table 4- Effect of salinity on concentration of total pigment and transpiration rate in chickpeas genotypes

Genotype ژنوتیپ	Total pigments ($mg.gFW^{-1}$) کل رنگ‌دانه‌های فتوسنتزی		
MCC	0.5 $dS.m^{-1}$	8 $dS.m^{-1}$	Mean
12	1.279^{ab}	0.899^{ab}	1.089^{A-C}
65	0.655^{b}	0.638^{b}	0.646^{BC}
72	0.757^{b}	0.455^{b}	0.606^{C}
77	1.077^{ab}	1.386^{ab}	1.232^{A-C}
92	0.621^{b}	0.637^{b}	0.629^{BC}
95	0.837^{ab}	0.802^{b}	0.819^{A-C}
98	0.882^{ab}	0.546^{b}	0.714^{A-C}
139	0.924^{ab}	0.776^{b}	0.850^{A-C}
158	0.901^{ab}	0.603^{b}	0.752^{A-C}
298	0.587^{b}	0.710^{b}	0.649^{BC}
313	0.802^{b}	0.776^{b}	0.789^{A-C}
420	0.931^{ab}	0.750^{b}	0.840^{A-C}
483	1.214^{ab}	0.534^{b}	0.874^{A-C}
485	0.908^{ab}	0.642^{b}	0.775^{A-C}
500	1.097^{ab}	0.609^{b}	0.853^{A-C}
679	0.558^{b}	0.666^{b}	0.612^{BC}
776	1.809^{ab}	0.843^{ab}	1.326^{A}
Mean	$0.932^{(A)}$	$0.722^{(B)}$	
	Salinity	Genotype	Genotype×Salinity
P value	0.001^{**}	0.001^{**}	0.051^{*}
CV%	35		

Genotype ژنوتیپ	Transpiration rate ($mmol\ m^{-2}\ s^{-1}$) تبخیر و تعرق		
MCC	0.5 $dS.m^{-1}$	8 $dS.m^{-1}$	Mean
12	1.690^{lm}	5.850^{f}	3.770^{EF}
65	6.293^{ef}	3.941^{h-j}	5.117^{BC}
72	2.969^{jk}	8.056^{cd}	5.513^{B}
77	$4.734g^{h}$	6.121^{ef}	5.428^{B}
92	1.080^{m-o}	1.239^{m-o}	1.159^{I}
95	6.372^{ef}	2.952^{jk}	4.662^{CD}
98	0.426^{no}	7.135^{de}	3.780^{EF}
139	1.443^{l-o}	4.342^{g-i}	2.893^{GH}
158	1.988^{k-m}	6.410^{ef}	4.199^{DE}
298	3.617^{ij}	1.329^{l-o}	2.473^{H}
313	5.708^{fg}	9.526^{b}	7.617^{A}
420	1.499^{l-n}	4.663^{g-i}	3.081^{F-H}
483	1.024^{m-o}	7.120^{de}	4.072^{DE}
485	5.886^{f}	8.941^{bc}	7.413^{A}
500	2.425^{kl}	11.719^{a}	7.072^{A}
679	0.382^{o}	6.641^{ef}	3.512^{E-G}
776	0.427^{no}	7.175^{de}	3.801^{E}
Mean	$2.821^{(B)}$	6.068($^{A)}$	
	Salinity	Genotype	Genotype×Salinity
P value	0.001^{**}	0.001^{**}	0.001^{**}
CV%	7.3		

$LSD_{0.05}$ LSD_{0}: حداقل اختلاف معنی‌دار در سطح پنج درصد، ns: عدم در سطح پنج درصد معنی‌دار، *: معنی‌دار در سطح احتمال پنج درصد، **: معنی‌دار در سطح احتمال یک درصد، CV: ضریب تغییرات.

$LSD_{0.05}$: Least significant difference at the level of 0.05, ns: non-significant, *: significant at probability level 5%, **: significant at probability level 1%, CV: Coefficient variation.

پژوهشگران کاهش میزان رنگ‌دانه‌های فتوسنتزی در اثر تنش شوری را در نخود گزارش کرده‌اند (Beltagi, 2008; Mudgal *et al.*, 2009). در مطالعه حاضر تنوع زیادی بین ژنوتیپ‌های نخود موردمطالعه ازنظر رنگ‌دانه‌های فتوسنتزی در واکنش به افزایش سطح تنش شوری ملاحظه گردید. در بیشتر ژنوتیپ‌ها میزان رنگ‌دانه‌های فتوسنتزی با اعمال تنش شوری کاهش یافت (Parida & Das, 2005; Dharamvi, Kumar, Kumar, & Kumar, 2018)، اما در این میان چهار ژنوتیپ (MCC77، MCC92، MCC298 و MCC679) روند متفاوتی نسبت به سایر ژنوتیپ‌ها دارا بودند و با اعمال تنش شوری میزان رنگ‌دانه‌های فتوسنتزی آن‌ها افزایش یافت. این افزایش میزان رنگدانه‌ها را می‌توان به عادت رشدی گیاه نسبت دارد. به نظر می‌رسد عدم تغییر و یا افزایش رنگ‌دانه‌های فتوسنتزی در شرایط تنش شوری می‌تواند به‌عنوان یک فرایند در جهت افزایش تحمل به این تنش مدنظر قرار گیرد، زیرا تنش شوری با کاهش رنگ‌دانه‌های فتوسنتزی ظرفیت گیاه برای فتوسنتز و تولید را کاهش می‌دهد. افزایش تجمع سدیم کلرید در کلروپلاست گیاهان کاهش میزان کلروفیل را از طریق شکستن کلروپلاست در پی دارد، ناپایداری کمپلکس پروتئین و لیپید در گیاهان حساس به شوری با تأثیر بر تشکیل پلاستیدهای جدید کلروفیل و کاروتن‌ها کاهش فعالیت سیستم فتوسنتزی را به همراه دارد (Sudhir & Murthy, 2004). مطالعات نشان می‌دهد میزان کلروفیل در شرایط تنش شوری در گیاهان حساس و متحمل متفاوت است و تنوع قابل‌ملاحظه‌ای بین گونه‌ها مشاهده می‌شود. ارقامی که میزان نسبی کلروفیل بالاتری دارند در شرایط تنش شوری عملکرد بالاتری دارند. از طرف دیگر، وراثت‌پذیری بالای صفات فتوسنتزی سبب شده است میزان آسیمیلاسیون مواد فتوسنتزی در واریته‌های متحمل بیشتر باشد و به دنبال آن رشد و تولید بیشتری را به خود اختصاص دهند. با این وجود، در مورد نقش تأثیرگذار رنگ‌دانه‌های فتوسنتزی یا بسته شدن روزنه‌ها در کاهش فتوسنتز در شرایط شوری و خشکی تردیدهایی وجود دارد (Mundree *et al.*, 2002; Lawson, Oxborough, Morison, & Baker, 2003; Samineni, Siddique, Gaur, & Colmer, 2011).

بررسی اثر تنش شوری بر میزان تبخیر و تعرق در ژنوتیپ‌های مختلف نشان داد که در میان ۱۷ ژنوتیپ موردبررسی، ۱۴ ژنوتیپ با اعمال تنش شوری میزان تبخیر و تعرق افزایش و در سه ژنوتیپ MCC65، MCC95 و MCC298 با اعمال تنش شوری این ویژگی

به‌ترتیب ۳۷، ۵۴ و ۶۳ درصد کاهش یافت (جدول ۴). در میان ژنوتیپ‌ها سه ژنوتیپ MCC679، MCC776 و MCC98 به‌ترتیب با ۱۷/۵، ۱۶/۷ و ۱۶/۶ برابر افزایش بیشترین میزان تغییرات تعرق را با اعمال تنش شوری نشان دادند (جدول ۴).

در واکنش به اعمال تنش شوری هشت دسی‌زیمنس بر متر ازنظر میزان فتوسنتز در ژنوتیپ‌های موردمطالعه تنوع مشاهده گردید (جدول ۵). میزان فتوسنتز در هفت ژنوتیپ (MCC12، MCC65، MCC72، MCC92، MCC95، MCC679 و MCC776) با اعمال تنش شوری افزایش و در ۱۰ ژنوتیپ این ویژگی کاهش یافت (جدول ۵). در میان ژنوتیپ‌هایی که با اعمال تنش شوری میزان فتوسنتز روند افزایشی داشت دو ژنوتیپ MCC95 و MCC679 بیشترین نرخ افزایش را با ۶۱ و ۵۳ درصد دارا بودند (جدول ۵). از سوی دیگر در میان ژنوتیپ‌هایی که نرخ فتوسنتز با اعمال تنش شوری کاهش یافت ژنوتیپ‌های MCC420 و MCC158 به‌ترتیب با ۶۵ و ۶۰ درصد بیشترین میزان کاهش را نشان دادند (جدول ۵).

در میان ژنوتیپ‌های موردبررسی هشت ژنوتیپ با اعمال تنش شوری میزان دی‌اکسید کربن زیر روزنه آن‌ها افزایش یافت به‌طوری‌که سه ژنوتیپ MCC485، MCC776 و MCC313 به‌ترتیب با ۵۱، ۴۹ و ۴۰ پی‌پی‌ام بیشترین مقدار افزایش را نشان دادند (جدول ۵). از سوی دیگر در میان ژنوتیپ‌هایی که با اعمال تنش شوری میزان دی‌اکسید کربن اتاقک زیر روزنه آن‌ها کاهش یافت، ژنوتیپ‌های MCC98، MCC95، MCC72 و MCC158 به‌ترتیب با ۲۶، ۲۲، ۲۲ و ۲۱ پی‌پی‌ام بیشترین میزان کاهش را دارا بودند (جدول ۵).

در شرایط غیر شور بیشترین و کمترین میزان دی‌اکسید کربن اتاقک زیر روزنه به‌ترتیب مربوط به ژنوتیپ‌های MCC158 و MCC500 با ۱۰۶ پی‌پی‌ام تفاوت بود. در شرایط تنش شوری بیشترین و کمترین مقدار دی‌اکسید کربن اتاقک زیر روزنه به‌ترتیب مربوط به ژنوتیپ‌های MCC12 و MCC500 با ۸۳ پی‌پی‌ام تفاوت بود (جدول ۵). سه ژنوتیپ MCC65، MCC139 و MCC298 کمترین میزان تغییرات در دی‌اکسید کربن اتاقک زیر روزنه با اعمال تنش شوری را نشان دادند (جدول ۵).

جدول ۵- اثر تنش شوری بر میزان فتوسنتز و دی‌اکسید کربن زیر روزنه در ژنوتیپ‌های نخود کابلی

Table 5- Effect of salinity on photosynthetic rate and CO_2 substomatal at different chickpeas genotypes under salinity stress

Genotype ژنوتیپ	**Photosynthesis rate (μmol CO_2 m^{-2} s^{-1})** فتوسنتز			**Genotype** ژنوتیپ	**CO_2 substomatal (P.P.M)** دی‌اکسید کربن زیر اتاقک روزنه		
MCC	0.5 $dS.m^{-1}$	8 dSm^{-1}	Mean	MCC	0.5 dSm^{-1}	8 $dS.m^{-1}$	Mean
12	16.22^{g-m}	18.78^{e-k}	17.50E-G	12	355^{a-f}	381^{ab}	368^{A-C}
65	18.11^{f-l}	19.30^{e-k}	18.71EF	65	372^{a-d}	371^{a-d}	371^{AB}
72	11.65^{k-m}	12.01^{j-m}	11.83G	72	369^{a-e}	347^{a-f}	358^{A-D}
77	28.82^{b-d}	15.80^{g-m}	22.31C-E	77	351^{a-f}	335^{d-h}	343^{C-E}
92	23.08^{b-i}	29.80^{a-d}	26.44A-C	92	348^{a-f}	356^{a-f}	352^{A-D}
95	15.03^{h-m}	24.21^{b-h}	19.62D-F	95	358^{a-f}	336^{d-h}	347^{B-D}
98	23.08^{b-i}	12.19^{j-m}	17.64E-G	98	350a-f	324^{f-i}	337^{D-F}
139	21.57^{b-i}	18.68^{e-k}	20.12D-F	139	340c-g	338^{c-g}	339^{D-F}
158	22.25^{b-i}	8.89^{m}	15.57FG	158	386a	365^{a-e}	376^{A}
298	27.83^{b-e}	12.29^{j-m}	20.06D-F	298	339c-g	336^{c-h}	338^{D-F}
313	30.09^{a-c}	22.28^{b-i}	26.18A-C	313	336c-h	376^{a-c}	356^{AD}
420	26.64^{b-f}	9.35^{lm}	18.00EF	420	307g-j	333^{d-i}	320^{EF}
483	38.85^{a}	24.96^{b-g}	31.90A	483	322f-i	306^{g-j}	314^{FG}
485	30.59^{ab}	26.34^{b-f}	28.47AB	485	295ij	346^{b-f}	320^{EF}
500	29.29^{b-d}	20.69^{d-k}	24.99B-D	500	280j	298^{h-j}	289^{G}
679	14.90^{i-m}	22.74^{b-i}	18.82EF	679	330e-i	336^{c-h}	333^{E-F}
776	18.17^{f-l}	20.98^{c-j}	19.58D-F	776	323f-i	372^{a-d}	348^{B-D}
Mean	$23.30^{(A)}$	$18.78^{(B)}$		Mean	$339^{(B)}$	$345^{(A)}$	
	Salinity	Genotype	Genotype×Salinity		Salinity	Genotype	Genotype×Salinity
P value	0.001^{**}	0.001^{**}	0.001^{**}	P value	0.015^{*}	0.001^{**}	0.001^{**}
CV%	12.0			CV%	3.4		

$LSD_{0.05}$: حداقل اختلاف معنی‌دار در سطح پنج درصد، ns: عدم در سطح پنج درصد معنی‌دار *: معنی‌دار در سطح احتمال پنج درصد، **: معنی‌دار در سطح احتمال یک درصد، CV: ضریب تغییرات.

$LSD_{0.05}$: Least significant difference at the level of 0.05, ns: non-significant, *: significant at probability level 5%, **: significant at probability level 1%, CV: Coefficient variation.

به‌طورمعمول گیاهان در شرایط تنش خشکی و شوری تمایـل بـه بستن روزنه‌ها جهـت مـدیریت آب دارنـد (Shimada, Sugano, & Hara-Nishimura, 2011). بسته شـدن روزنـه‌ها موجـب کـاهش غلظت دی‌اکسید کربن در زیر روزنـه مـی‌گـردد (Hetherington & Woodward, 2003). بررسی میزان تغییرات دی‌اکسید کربن در زیر روزنه نشان‌دهنده توانایی هر ژنوتیپ در مدیریت روزنه‌ها و حفـظ آب در داخل گیاه است. باوجوداین‌که ژنوتیپ‌هـایی کـه توانـایی مـدیریت روزنه‌ها و حفظ آب را دارا هسـتند امـا میـزان دی‌اکسـید کـربن را در اتاقک زیر روزنه آن‌ها کـاهش مـی‌یابـد و فتوسـنتز نیـز متعاقـب آن کاهش پیدا می‌کند. در این مطالعـه بررسـی همبسـتگی بـین صـفات نشان داد که غلظت دی‌اکسید کربن در اتاقک زیـر روزنـه بـا میـزان فتوسنتز همبستگی منفی و معنی‌داری (r=-۰/۲۲*) دارد (جدول ۹) که تائیدکننده مطالب قبل است.

میزان هدایت روزنه‌ای در ۱۵ ژنوتیپ با افزایش شوری از صفر به هشت دسی‌زیمنس بر متر کاهش معنی‌داری پیدا کرد، بیشترین میزان کاهش هـدایت روزنـه‌ای در سـه ژنوتیـپ MCC313، MCC158 و MCC72 به‌ترتیب با ۶۴، ۶۰ و ۵۵ درصد مشاهده شد (جـدول ۶). در میان ژنوتیپ‌هـا تنهـا دو ژنوتیـپ MCC65 و MCC95 بـا افـزایش سطح تنش شوری هدایت روزنـه‌ای آن‌هـا بـه‌ترتیـب ۲۸ و ۸ درصـد افزایش یافت (جدول ۶). همان‌طور که در قبل اشاره شـد در ژنوتیـپ MCC65 میزان دی‌اکسـید کـربن را در اتاقـک زیـر روزنـه حـداقل تغییرات را داشت که درنتیجه عدم بسته شدن روزنه در شرایط تنش و انجام تبادلات گازی در شرایط تنش بود.

جدول ٦- اثر تنش شوری بر هدایت و مقاومت روزنه‌ای در ژنوتیپ‌های نخود

Table 6- Effect of salinity on stomata conductnce and stomata resistant at different chickpea genotypes under salinity stress

Genotype ژنوتیپ	Stomatal conductnce ($mol.m^{-2}\ s^{-1}$) هدایت روزنه‌ای			Genotype ژنوتیپ	Stomatal resistant ($m^2s^1.mol^{-1}$) مقاومت روزنه‌ای		
MCC	0.5 $dS.m^{-1}$	8 $Ds.m^{-1}$	Mean	MCC	0.5 $dS.m^{-1}$	8 $dS.m^{-1}$	Mean
12	16.8^{a-g}	8.8^{b-g}	12.8^{AB}	12	72.3^{b-d}	121.6^{a-d}	96.9^{AB}
65	13.0^{a-g}	16.6^{a-g}	14.8^{AB}	65	94.4^{a-d}	136.1^{a-d}	115.3^{AB}
72	19.6^{a-c}	8.9^{b-g}	14.3^{AB}	72	60.3^{cd}	113.1^{a-d}	86.7^{AB}
77	14.0^{a-g}	9.8^{b-g}	11.9^{AB}	77	72.3^{b-d}	52.7^{d}	62.5^{B}
92	15.8^{a-g}	7.3^{e-g}	11.6^{AB}	92	65.3^{cd}	72.3^{b-d}	68.8^{AB}
95	12.8^{a-g}	13.7^{a-g}	13.3^{AB}	95	47.0^{d}	101.7^{a-d}	74.3^{AB}
98	16.8^{a-g}	7.9^{d-g}	12.4^{AB}	98	60.2^{cd}	127.8^{a-d}	94.0^{AB}
139	18.6^{a-e}	11.4^{a-g}	15.0^{A}	139	61.4^{cd}	82.1^{a-d}	71.7^{AB}
158	17.4^{a-f}	6.9^{fg}	12.1^{AB}	158	63.3^{cd}	133.4^{a-d}	98.4^{AB}
298	19.4^{a-d}	11.6^{a-g}	15.5^{A}	298	87.9^{a-d}	56.6^{d}	72.3^{A}
313	20.2^{ab}	7.2^{e-g}	13.7^{AB}	313	49.7^{d}	169.7^{a}	109.7^{AB}
420	21.9^{a}	14.7^{a-g}	18.3^{A}	420	70.5^{b-d}	68.8^{cd}	69.6^{AB}
483	13.0^{a-g}	9.3^{b-g}	11.1^{AB}	483	107.1^{a-d}	118.1^{a-d}	112.6^{AB}
485	15.1^{a-g}	8.5^{c-g}	11.8^{AB}	485	55.9^{d}	163.5^{ab}	109.7^{AB}
500	10.7^{a-g}	5.2^{g}	7.9^{B}	500	99.5^{a-d}	150.3^{a-c}	124.9^{A}
679	15.9^{a-g}	10.9^{a-g}	13.4^{AB}	679	64.8^{cd}	97.2^{a-d}	81.0^{AB}
776	18.5^{a-f}	9.4^{b-g}	13.9^{AB}	776	60.5^{cd}	114.2^{a-d}	87.4^{AB}
Mean	$16.4^{(A})$	$9.9^{(B)}$		Mean	$70.1^{(B)}$	$110.5^{(A)}$	
	Salinity	Genotype	Genotype×Salinity		Salinity	Genotype	Genotype×Salinity
P value	0.001^{**}	0.004^{**}	0.015^{*}	P value	0.001^{**}	0.001^{**}	0.001^{**}
CV%	26			CV%	30		

$LSD_{0.05}$: حداقل اختلاف معنی‌دار در سطح پنج درصد، ns: عدم در سطح پنج درصد معنی‌دار، *: معنی‌دار در سطح احتمال پنج درصد، **: معنی‌دار در سطح احتمال یک درصد، CV: ضریب تغییرات.

$LSD_{0.05}$: Least significant difference at the level of 0.05, ns: non-significant, *: significant at probability level 5%, **: significant at probability level 1%, CV: Coefficient variation.

برهمکنش تنش شوری در ژنوتیپ‌های نخود کابلی ازنظر میـزان مقامت روزنه‌ها نشان داد که با اعمـال تـنش شـوری در ۱۴ ژنوتیـپ میزان مقاومت روزنـه‌ای افـزایش و تنهـا در سـه ژنوتیـپ MCC77، MCC420 و MCC29 با اعمـال تـنش شـوری مقاومـت روزنـه‌ای کاهش یافت (جدول ۶). بیشترین میزان افزایش مقاومت روزنـه‌ای بـا افزایش سطح تنش شوری در ژنوتیپ‌هـای MCC313 و MCC485 به‌ترتیب با ۳/۴ و ۲/۹ برابر مشاهده شد (جدول ۶).

کاهش تبادلات گازی در اثر تنش شوری در پژوهش‌های پیشـین گزارش‌شـده اسـت (Flexas *et al.*, 2007). شـوری روی دو فرآینـد روابط آبی و روابط یـونی در گیـاه تـأثیر دارد. گیاهـان زمـانی کـه در

معرض شوری قرار می‌گیرند ابتدا تنش آب را تجربه می‌کنند که به کاهش توسعه برگ‌ها می‌انجامد. درصورتی‌که گیاه مدت طولانی در معرض شوری قرار گیرد تنش یونی را نیز تجربه می‌کند که باعث پیری زودرس برگ‌های بالغ می‌شود بنابراین کاهش در سطح فتوسنتزی که حمایت‌کننده رشد است ایجاد می‌شود. کاهش فتوسنتز با افزایش شوری با بسته شدن روزنه‌ها موجب کاهش فشار جزئی دی‌اکسید کربن بین سلولی یا عوامل غیر روزنه‌ای می‌شود (Sultan, Ikeda, & Itoh, 1999; Kafi *et al*., 2009).

در این مطالعه مشاهده شد عوامل روزنه‌ای مانند هدایت و مقاومت روزنه‌ای و همچنین دی‌اکسید کربن اتاقک زیر روزنه در بین ژنوتیپ‌ها تنوع قابل‌ملاحظه‌ای دارند که در این میان دو ژنوتیپ MCC65 و MCC95 در بسیاری از صفات روندی مخالف با سایر ژنوتیپ‌ها داشتند. افزایش تعرق و هدایت روزنه‌ای با اعمال تنش شوری در سایر پژوهش‌ها نیز گزارش شده (Nabati *et al*., 2015)، در مقابل کاهش میزان هدایت روزنه‌ای با اعمال تنش شوری نیز در نخود گزارش‌شده است (Hirich *et al*., 2014).

در میان ۱۷ ژنوتیپ موردمطالعه، ۱۳ ژنوتیپ با اعمال تنش شوری کارایی مصرف آب لحظه‌ای آن‌ها کاهش یافت که چهار ژنوتیپ MCC98، MCC776، MCC679 و MCC158 به‌ترتیب با ۲۷، ۱۴، ۱۳ و ۱۱ برابر کاهش بیشترین میزان کاهش کارایی مصرف آب لحظه‌ای را دارا بودند (جدول ۷). در مقابل با اعمال تنش شوری چهار ژنوتیپ MCC95، MCC65، MCC92 و MCC298 به‌ترتیب با ۳/۴ برابر، ۶۷، ۱۴ و ۱۳ درصد کارایی مصرف آب لحظه‌ای آن‌ها افزایش یافت (جدول ۷). بررسی همبستگی بین صفات نشان داد که کارایی مصرف لحظه‌ای آب با میزان فتوسنتز رابطه مثبت و معنی‌دار ($r=۰/۲۸^{**}$) و با تبخیر و تعرق رابطه منفی و معنی‌داری ($r=-۰/۷۱^{**}$) داشت. سدیم مهم‌ترین یون سمی در تنش شوری است، زیرا در جذب K^+ و همچنین در تنظیم باز و بسته شدن روزنه‌ای اختلال ایجاد کرده و درنهایت باعث از دست دادن آب و نکروز برگ‌ها می‌شود (Nabati *et al*., 2015; Kafi, Bagheri, Nabati, Zare Mehrjerdi, & Masomi, 2011). تجمع زیاد Cl^- منجر به کاهش قابل‌توجه در رشد و کارایی مصرف آب گیاهان می‌شود (White & Broadley, 2001). ژنوتیپ‌هایی که قابلیت حفظ فتوسنتز خود در شرایط تنش شوری را داشتند و میزان تعرق خود را کاهش دادند یا به عبارت دیگر علی‌رغم بسته شدن روزنه‌ها توان فتوسنتزی خود را حفظ کردند، کارایی مصرف آب لحظه‌ای بالاتری نیز داشتند؛ بنابراین می‌توان عنوان کرد این ژنوتیپ‌ها برای شرایط تنش شوری مناسب‌تر خواهند بود.

جدول ۷- کارایی مصرف لحظه‌ای آب در ۱۷ ژنوتیپ نخود کابلی تحت تنش شوری

Table 7- Water use efficiency in 17 chickpea genotypes under salinity stress

Genotype ژنوتیپ	Water use efficiency (μmol CO_2/mmol H_2O) کارایی مصرف آب		
MCC	0.5 dS.m^{-1}	8 dS.m^{-1}	Mean
12	9.60^{h-j}	3.22^{m-o}	6.41^{D-F}
65	2.88^{m-o}	4.90^{k-o}	3.89^{GH}
72	3.92^{l-o}	1.50^{no}	2.71^{H}
77	6.08^{j-m}	2.58^{m-o}	4.33^{F-H}
92	21.36^{de}	23.90^{d}	22.63^{B}
95	2.40^{m-o}	8.20^{i-k}	5.30^{E-G}
98	54.25^{a}	1.72^{no}	27.98^{A}
139	14.95^{fg}	4.30^{l-o}	9.62^{C}
158	11.14^{g-i}	1.39^{o}	6.26^{D-G}
298	7.69^{i-l}	9.25^{h-j}	8.47^{CD}
313	5.32^{k-n}	2.32^{m-o}	3.82^{GH}
420	17.78^{ef}	2.01^{no}	9.89^{C}
483	37.93^{c}	3.51^{m-o}	20.72^{B}
485	5.20^{k-o}	2.95^{mo}	4.07^{F-H}
500	12.08^{gh}	1.77^{no}	6.92^{DE}
679	39.03^{bc}	3.42^{m-o}	21.23^{B}
776	42.59^{b}	2.93^{m-o}	22.76^{B}
Mean	17.31$^{(A)}$	4.70$^{(B)}$	
	Salinity	Genotype	Genotype×Salinity
P value	0.001**	0.001**	0.001**
CV%	10.30		

$LSD_{0.05}$: حداقل اختلاف معنی‌دار در سطح پنج درصد، ns: عدم در سطح پنج درصد معنی‌دار، *: معنی‌دار در سطح احتمال پنج درصد، **: معنی‌دار در سطح احتمال یک درصد، CV: ضریب تغییرات.

$LSD_{0.05}$: Least significant difference at the level of 0.05, ns: non-significant, *: significant at probability level 5%, **: significant at probability level 1%, CV: Coefficient variation.

میزان زیست‌توده با افزایش سطح تنش شوری در تمامی ژنوتیپ‌ها روند کاهشی داشت (جدول ۸). حساس‌ترین ژنوتیپ‌ها به اعمال تنش شوری سه ژنوتیپ MCC12، MCC420، MCC158 بودند که به‌ترتیب ۳/۱، ۲/۸ و ۲/۶ برابر کاهش زیست‌توده با اعمال تنش شوری نشان دادند (جدول ۸). از سوی دیگر چهار ژنوتیپ MCC298، MCC139، MCC72 و MCC65 با ۲۳، ۳۰، ۳۷ و ۴۴ درصد کاهش زیست‌توده در میان ژنوتیپ‌ها کمترین کاهش تولید زیست‌توده با اعمال تنش شوری را نشان دادند (جدول ۸). میزان زیست‌توده دارای همبستگی مثبت و معنی‌داری با کلروفیل a (r=۰/۳۳**)، کلروفیل b (r=۰/۲۱*)، میزان فتوسنتز (r=۰/۲۸**)، هدایت روزنه‌ای (r=۰/۳۸**) و کارایی مصرف لحظه‌ای آب (r=۰/۳۲**) می‌باشد (جدول ۹). زیست‌توده با میزان تبخیر و تعرق (r=-۰/۳۶*)، و مقاومت روزنه‌ای (r=-۰/۳۶**) دارای همبستگی منفی و معنی‌داری بود (جدول ۹). زیست‌توده برآیند تمامی واکنش‌های فیزیولوژیکی و رشدی گیاه در طول دوره رشد است؛ بنابراین ژنوتیپ‌هایی که توانایی تولید در شرایط تنش را داشته باشند گزینه‌های مناسبی برای اصلاح به شمار می‌روند. در این مطالعه افزایش شوری سبب کاهش تولید زیست‌توده شد که با نتایج سایر پژوهش‌های انجام شده در این زمینه مطابقت دارد (Saxena & Rewari, 1992; Ashraf, Akhtar, Hussain, & Iqbal, 2006; Krishnamurthy, Serraj, Hash, & Reddy, 2007).

جدول ۸- اثر تنش شوری بر زیست‌توده و عملکرد دانه در ژنوتیپ‌های نخود کابلی

Table 8- Effect of salinity on biomass and seed yield at different chickpea genotypes

Genotype ژنوتیپ	**Biomass ($kg.m^{-2}$) زیست‌توده**			**Genotype ژنوتیپ**	**Seed yield ($kg.m^{-2}$) عملکرد دانه**		
MCC	0.5 $dS.m^{-1}$	8 $dS.m^{-1}$	Mean	MCC	0.5 $dS.m^{-1}$	8 dSm^{-1}	Mean
12	0.357^{lm}	0.116^{s}	0.237^{K}	12	0.101^{j}	0.035^{o}	0.068^{K}
65	0.813^{b}	0.565^{ef}	0.689^{AB}	65	0.218^{a}	0.148^{g}	0.183^{B}
72	0.515^{hi}	0.376^{l}	0.445^{EF}	72	0.111^{i}	0.099^{j}	0.105^{G}
77	0.576^{e}	0.292^{o-q}	0.434^{FG}	77	0.148^{g}	0.143^{g}	0.146^{C}
92	0.919^{a}	0.467^{j}	0.693^{A}	92	0.219^{a}	0.167^{de}	0.193^{A}
95	0.928^{a}	0.421^{k}	0.675^{B}	95	0.196^{b}	0.166^{e}	0.181^{B}
98	0.491^{ij}	0.283^{pq}	0.387^{J}	98	0.135^{h}	0.047^{n}	0.091^{I}
139	0.572^{e}	0.440^{k}	0.506^{D}	139	0.156^{f}	0.086^{k}	0.121^{E}
158	0.774^{c}	0.301^{op}	0.538^{C}	158	0.165^{e}	0.071^{l}	0.118EF
298	0.468^{j}	0.380^{l}	0.424^{G}	298	0.113^{i}	0.040^{no}	0.077^{J}
313	0.528^{gh}	0.314^{no}	0.421^{GH}	313	0.128^{h}	0.065^{lm}	0.096^{H}
420	0.568^{ef}	0.204^{r}	0.386^{J}	420	0.135^{h}	0.061^{m}	0.098^{H}
483	0.687^{d}	0.343^{m}	0.515^{D}	483	0.178^{c}	0.065^{lm}	0.122^{E}
485	0.563^{ef}	0.339^{mn}	0.451^{EF}	485	0.174^{cd}	0.092^{k}	0.133^{D}
500	$0.543f^{g}$	0.269^{q}	0.406^{HI}	500	0.162^{ef}	0.065^{lm}	0.113^{F}
679	0.520^{gh}	0.280^{pq}	0.400^{IJ}	679	0.148^{g}	0.087^{k}	0.118^{EF}
776	0.588^{e}	0.332^{mn}	0.460^{E}	776	0.143^{g}	0.066^{lm}	0.104^{G}
Mean	$0.604^{(A)}$	$0.345^{(B)}$		Mean	$0.154^{(A)}$	$0.089^{(B)}$	
	Salinity	Genotype	Genotype×Salinity		Salinity	Genotype	Genotype×Salinity
P value	0.001^{**}	0.001^{**}	0.001^{**}	P value	0.001^{**}	0.001^{**}	0.001^{**}
CV%	2			CV%	2		

$LSD_{0.05}$: حداقل اختلاف معنی‌دار در سطح پنج درصد، ns: عدم در سطح پنج درصد معنی‌دار، *: معنی‌دار در سطح احتمال پنج درصد، **: معنی‌دار در سطح احتمال یک درصد، CV: ضریب تغییرات.

$LSD_{0.05}$: Least significant difference at the level of 0.05, ns: non-significant at probability level 5%, *: significant at probability level 5%, **: significant at probability level 1%, CV: Coefficient variation.

در تمامی ژنوتیپ‌ها با افزایش سطح تنش شوری میزان عملکرد دانه کاهش یافت و تفاوت معنی‌داری بین ژنوتیپ‌ها مشاهده شد (جدول ۸). در شرایط غیر شور بیشترین عملکرد دانه مربوط به ژنوتیپ‌های MCC65، MCC92 و MCC95 بود و در تنش شوری هشت دسی‌زیمنس بر متر نیز این ژنوتیپ‌ها به همراه ژنوتیپ MCC77 بیشترین عملکرد را تولید کردند، بااین‌وجود نسبت به شرایط غیر شور به‌ترتیب ۴۶، ۳۱، ۱۹ و ۳ درصد کاهش عملکرد نشان دادند (جدول ۸). در میان ژنوتیپ‌هایی که عملکرد دانه بالایی در شرایط تنش شوری داشتند، ژنوتیپ MCC65 کاهش زیست‌توده کمی نیز دارا بود. این ژنوتیپ بیشترین غلظت کلروفیل a، b،

کاروتنوئیدها و رنگ‌دانه‌های فتوسنتزی، فتوسنتز را به خود اختصاص داده بود. عملکرد دانه دارای رابطه منفی و معنی‌داری با میزان تبخیر و تعرق (**r=-۰/۴۳)، و مقاومت روزنه‌ای (**r=-۰/۳۸) بود (جدول ۹). همبستگی میان عملکرد دانه با میزان زیست‌توده (**r=۰/۶۱)، فتوسنتز (**r=۰/۲۴) و هدایت روزنه‌ای (**r=۰/۳۶) مثبت و معنی‌داری بود (جدول ۹). کاهش عملکرد دانه در ژنوتیپ‌های نخود تحت تنش می‌تواند درنتیجه کاهش فتوسنتز و زیست‌توده باشد (Samineni *et al.*, 2011, Katerji, Van Hoorn, Hamdy, Mastrorilli, & Oweis, 2005, Katerji, Van Hoorn, Hamdy, & Mastrorilli, 2000; Grewal, 2010; Singla & Garg, 2005). به نظر می‌رسد اثر منفی تنش شوری بر عملکرد ارتباط مستقیمی با کاهش زیست‌توده و کارایی مصرف آب داشته باشد (Grewal, 2010).

جدول ۹- ضرایب همبستگی بین صفات اندازه‌گیری شده ارقام نخود تحت تأثیر شوری

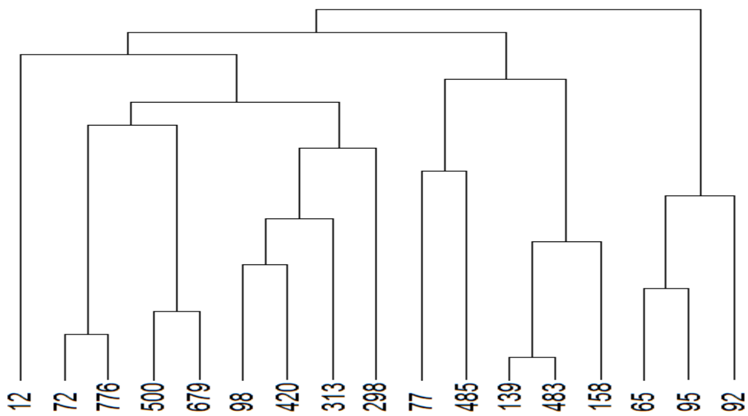
Table 9- Coefficient of correlations of some measured traits of chickpea genotypes affected by salinity

		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
1.	Chl a	1											
2.	Chl b	0.68**	1										
3.	Carotenoides	0.53**	0.54**	1									
4.	Total pigments	0.64**	0.56**	0.75**	1								
5.	Transpiration rate	-0.49**	-0.39**	-0.19*	-0.30**	1							
6.	Photosynthetic rate	0.29**	0.15^{ns}	0.14^{ns}	0.13^{ns}	-0.13^{ns}	1						
7.	CO_2 substomatal	-0.12^{ns}	-0.14^{ns}	-0.04^{ns}	-0.15^{ns}	0.04^{ns}	-0.22*	1					
8.	Stomatal conductance	0.52**	0.30**	0.13^{ns}	0.20*	-0.55**	0.14^{ns}	0.01^{ns}	1				
9.	Stomatal resistant	-0.32**	-0.17^{ns}	-0.08^{ns}	-0.23*	0.53**	0.01^{ns}	0.03^{ns}	-0.54**	1			
10.	WUE	0.37**	0.38**	0.26**	0.28**	-0.71**	0.28**	-0.13^{ns}	0.32**	-0.29**	1		
11.	Biology yield	0.33**	0.21*	0.07^{ns}	0.07^{ns}	-0.39**	0.28**	0.09^{ns}	0.38**	-0.36**	0.32**	1	
12.	Seed yield	0.30**	0.19*	0.14^{ns}	0.17^{ns}	-0.43**	0.39**	0.01^{ns}	0.36**	-0.38**	0.37**	0.86**	1

ns، * و ** به‌ترتیب نشان‌دهنده غیرمعنی‌دار در سطح احتمال پنج درصد، معنی‌داری در سطح احتمال پنج و یک درصد.

ns, *, ** respectively non-significant at 0.05 probability level, significant at 0.05, 0.01 probability level.

بر اساس نتایج تجزیه خوشه‌ای، ژنوتیپ‌ها به چهار گروه مجزا از هم تفکیک شدند (شکل ۱). در گروه اول، سه ژنوتیپ، در گروه دوم، پنج ژنوتیپ، در گروه سوم، هشت ژنوتیپ و در گروه چهارم، یک ژنوتیپ قرار گرفتند (شکل ۱).



شکل ۱- گروه‌بندی خوشه‌ای ژنوتیپ‌های نخود تحت تنش شوری در شرایط مزرعه

Figure 1- Cluster grouping of chickpea under salinity stress in field conditions

مقایسه میانگین گروه‌ها با میانگین کل نشان داد که عملکرد زیست‌توده و دانه در گروه اول و دوم نسبت به میانگین کل برتری داشت و در سایر گروه‌ها پایین‌تر از میانگین کل بود (جدول ۴). ازنظر عملکرد دانه در واحد سطح، گروه دوم نسبت به میانگین کل برتر بود ولی سایر گروه‌ها از میانگین کمتری برخوردار بودند (جدول ۴). به‌طورکلی گروه اول از نظر میزان فتوسنتز، دی‌اکسید کربن اتاقک زیر روزنه و هدایت روزنه‌ای نسبت به میانگین کل برتری داشت و از نظر تبخیر و تعرق و مقاومت روزنه‌ای از میانگین کل کمتر بود (جدول ۴). نتایج این گروه‌بندی نشان داد که می‌توان از ژنوتیپ‌های نخود گروه اول در پروژه‌های اصلاحی جهت استفاده از صفات برتر آن‌ها ازجمله تحمل به شوری بهره برد.

جدول ۱۰- میانگین و انحراف از میانگین گروه‌های حاصل از تجزیه خوشه‌ای برای صفات موردمطالعه در ژنوتیپ‌های نخود تحت تنش شوری در شرایط مزرعه

Table 10- Mean and deviation from the mean of groups in cluster analysis for traits in chickpea genotypes under salinity stress in field conditions

	Group							
	1		2		3		4	
Genotypes (MCC)	65, 95, 92		77, 139, 158, 483, 485		72, 98, 298, 313, 420, 500, 679, 776		12	
Traits	Group mean	Deviation from mean	Group mean	Deviation from mean	Group mean	Deviation from mean	Group mean	Deviation from mean
Chl a	0.412	-0.058	0.488	0.018	0.468	-0.002	0.571	0.101
Chl b	0.235	-0.022	0.249	-0.008	0.255	-0.002	0.374	0.117
Carotenoides	0.088	-0.023	0.118	0.007	0.114	0.003	0.123	0.012
Total pigments	0.698	-0.129	0.897	0.070	0.799	-0.028	1.089	0.262
Transpiration rate	3.65	-0.80	4.80	0.36	4.61	0.16	3.77	-0.67
Photosynthetic rate	21.59	0.55	23.67	2.63	19.64	-1.41	17.50	-3.54
CO_2 substomatal	357	15	338	-3	335	-7	368	26
Stomatal conductance	13.21	0.04	12.38	-0.79	13.69	0.52	12.80	-0.37
Stomatal resistant	86.14	-4.20	90.97	0.63	90.70	0.36	96.93	6.59
WUE	10.61	-0.39	9.00	-2.00	12.97	1.97	6.41	-4.59
Biology yield	0.685	0.211	0.489	0.014	0.416	-0.058	0.237	-0.238
Seed yield	0.186	0.064	0.128	0.006	0.100	-0.021	0.068	-0.054

نتیجه‌گیری

به‌طورکلی نتایج بیانگر وجود تنوع بین ژنوتیپ‌های مختلف نخود کابلی تحت شرایط آبیاری با آب شور بود. مطالعه برخی از ویژگی‌های فتوسنتزی در ۱۷ ژنوتیپ نخود کابلی در شرایط آبیاری با آب شور نشان داد که این گیاه دارای تنوع فراوانی ازنظر پاسخ فرآیندهای فیزیولوژیک به تنش شوری می‌باشد که این تنوع می‌تواند راه را برای اصلاح و گزینش رقم‌های متحمل به شوری هموار کند. به‌طورکلی در میان تمام ژنوتیپ‌های موردبررسی کلروفیل a، کلروفیل b، کاروتنوئیدها، مجموع رنگ‌دانه‌ها، تعرق، فتوسنتز، میزان دی‌اکسید کربن زیر روزنه، هدایت و مقاومت روزنه‌ای دارای اختلاف معنی‌داری بین ژنوتیپ‌ها از سطح نیم دسی‌زیمنس بر متر به هشت دسی‌زیمنس بر متر بود. درنهایت بر اساس نتایج این آزمایش ژنوتیپ‌های MCC65، MCC77، MCC92، MCC95 توانسته‌اند همان‌طور که در شرایط بدون تنش عملکرد خوبی داشته باشند در شرایط تنش شوری در بیشتر صفات برتری داشته و حتی در برخی صفات توانسته‌اند برخلاف روند کاهشی سایر ژنوتیپ‌ها عمل کنند به نظر می‌رسد این ژنوتیپ‌ها می‌توانند تا شرایط هشت دسی‌زیمنس بر متر عملکرد مناسبی داشته باشند.

سپاسگزاری

هزینه اجرای این مطالعه از محل طرح مصوب با کد ۴۷۰۲۱ در معاونت پژوهشی دانشگاه فردوسی مشهد تأمین شده است که بدین‌وسیله تشکر و قدردانی می‌شود.

References

1. Abdelaziz, H., Halima El., O., Sven-Erik, J., Nicola, L., Atef, H., Ragab, R., Ahmed, J., & Redouane, Ch. (2014). Chickpea (*Cicer arietinum* L.) physiological, chemical and growth responses to irrigation with saline water. *Asturalian Journal of Crop Science, 8*(5), 646-654.
2. Asha Dhingra, H. R. (2007). Salinity mediated changes in yield and nutritive value of chickpea (*Cicer arietinum* L.) seeds. *Indian Journal Plant Physiology, 12*, 271-275.
3. Ashraf, M. Y., Akhtar, K., Hussain, F., & Iqbal, J. (2006). Screening of different accession of three potential grass species from Cholistan desert for salt tolerance. *Pakistan Journal of Botany, 38*, 1589-1597.

4. Beltagi, M. S. (2008). Exogenous ascorbic acid vitamin C induced anabolic changes for salt tolerance in chickpea (*Cicer arietinum* L.) plants. *African Journal of Plant Science*, *2*, 118-123.
5. Dere, S., Gines, T., & Sivaci, R. (1998). Spectrophotometric determination of chlorophyll a, b and total carotenoid contents of some algae species using different solvents. *Turkish Journal of Botany*, *22*, 13-17.
6. Dharamvi, Kumar, A., Kumar, N., & Kumar, M. (2018). Physiological responses of chickpea (*Cicer arietinum* L.) genotypes to salinity stress. *International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences*, *7*(11), 2380-2388. https://doi.org/10.20546/ijcmas.2018.711.269
7. FAOSTAT. (2016). Agriculture production. Food and Agriculture Organization of the United Nations. https://faostat.fao.org/site/339/default.aspx.
8. Flexas, J., Diaz-Espejo, A., Galmés, J., Kaldenhoff, R., Medrano, H., & Ribas-Carbo, M. (2007). Rapid variations of mesophyll concentration conductance in response to changes in CO_2 around leaves. *Plant Cell and Environment*, *30*, 1284-1298. https://doi.org/10.1111/j.1365-3040.2007.01700.x
9. Flowers, T. J., Gaur, P. M., Gowda, C. L. L., Krishnamurthy, L., Samineni, S., Siddique, K. H. M., Turner. N. C., Vadez, V., Varshney, R. K., & Colmer, T. D. (2010). Salt sensitivity in chickpea. *Plant Cell and Environment*, *33*, 490-509. https://doi.org/10.1111/j.1365-3040.2009.02051.x
10. Gandour, G. (2002). *Effect of Salinity on Development and Production of Chickpea Genotypes*. PhD. thesis. Faculty of Agriculture, Aleppo University, Aleppo, Syria.
11. Grewal, H. S. (2010). Water uptake, water use efficiency, plant growth and ionic balance of wheat, barley, canola and chickpea plants on a sodic vertosol with variable subsoil NaCl salinity. *Agricultural Water Management*, *97*, 148-156. https://doi.org/10.1016/j.agwat.2009.09.002
12. Haghighi, M., & Pessarakli, M. (2013). Influence of silicon and nano-silicon on salinity tolerance of cherry tomatoes (*Solanum lycopersicum* L.) at early growth stage. *Scientia Horticulture*, *161*, 111-117. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2013.06.034
13. Hameed, A., Saddiqa A., Nadeem, S. A., Iqbal, N., Atta, B. M., & Shah, T. M. (2012). Genotypic variability and mutant identification in *Cicer arietinum* L. by seed storage protein profiling. *Pakistan Journal of Botany*, *44*, 1303-1310.
14. Hetherington, A. M., & Woodward, F. I. (2003). The role of stomata in sensing and driving environmental change. *Nature*, *424*, 901-908. https://doi.org/10.1038/nature01843
15. Hirich, A., Ragab, R., Choukr-Allah, R., & Rami, A. (2014). The effect of deficit irrigation with treated wastewater on sweet corn: experimental and modelling study using SALTMED model. *Irrigation Science*, *32*, 205-219. https://doi.org/10.13140/RG.2.1.4734.3529
16. Kafi, M., Bagheri, A., Nabati, J., Zare Mehrjerdi, M., & Masomi, A. (2011). Effect of salinity on some physiological variables of 11 chickpea genotypes under hydroponic conditions. *Journal of Science and Technology of Greenhouse Culture*, *1*, 55-70. (in Persian with English abstract).
17. Katerji, N., Van Hoorn, J. W., Hamdy, A., & Mastrorilli, M. (2000). Salt tolerance classification of crops according to soil salinity and to water stress day index. *Agricultural Water Management*, *43*, 99-109. https://doi.org/10.1016/S0378-3774(99)00048-7
18. Katerji, N., Van Hoorn, J. W., Hamdy, A., Mastrorilli, M., & Oweis, T. (2005). Salt tolerance analysis of chickpea, faba bean and durum wheat varieties: I. Chickpea and faba bean. *Agricultural Water Management*, *72*, 177-194. https://doi.org/10.1016/j.agwat.2004.09.015
19. Krishnamurthy, L., Serraj, R., Hash, A. J., & Reddy, B. V. (2007). Screening sorghum genotypes for salinity tolerant biomass production. *Euphytica*, *156*, 15-24. https://doi.org/10.1007/s10681-006-9343-9
20. Lawson, T., Oxborough, K., Morison, J. I. L., & Baker, N. R. (2003). The responses of guard and mesophyll cell photosynthesis to CO_2, O_2, light and water stress in a range of species are similar. *Journal Exprimental Botany*, *54*, 1743-1752. https://doi.org/10.1093/jxb/erg186
21. Medici, L. O., Azevedo, R. A., Canellas, L. P., Machado, A. T., & Pimentel, C. (2007). Stomatal conductance of maize under water and nitrogen deficits. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, *42*, 599-601. https://doi.org/10.1590/S0100-204X2007000400020
22. Meloni, D. A., Olivia, M. A., Martinez, C. A., & Cambraia, J. (2003). Photosynthesis and activity of superoxide dismutase, peroxidase and glutathione reductase in cotton under salt stress. *Environment Experimental Botany*, *49*, 69-76. https://doi.org/10.1016/S0098-8472(02)00058-8
23. Mudgal, V., Madaan, N., Mudgal, A., & Mishra, S. (2009). Changes in growth and metabolic profile of chickpea under salt stress. *Journal of Applied Biosciences*, *23*, 1436-1446.
24. Mundree, S. G., Baker, B., Mowla, S., Peters, S., Marais, S., Willigen, C. V., Govender, K., Maredza, A., Muyanga, S., Farrant, J. M., & Thomson, J. A. (2002). Physiological and molecular insights into drought tolerance. *African Journal of Biotechnology*, *1*, 28-38. https://doi.org/10.5897/AJB2002.000-006
25. Munns, R., & Tester, M. (2008). Mechanism of salinity tolerance. *Annual Reviews of Plant Biology*, *59*, 65181. https://doi.org/10.1146/annurev.arplant.59.032607.092911
26. Murumkar, C., & Chavan, V. P. D. (1986). Influence of salt stress on biochemical processes in chickpea. *Cicer*

arietinum L. *Plant and Soil*, *96*, 439-43.

27. Nabati, J., Kafi, M., Khaninejad, S., Masomi, A., Zare Mehrjerdi, M., & Keshmiri, E. (2015). Evaluation salinity stress on some photosynthetic characteristics in five Kochia (*Kochia scoparia* L.) Schra. ecotypes. *Journal of Crop Production*, *8*(2), 49-77. (in Persian with English abstract).
28. Parida, A. K., & Das, A. B. (2005). Salt tolerance and salinity effect on plants: a review. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, *60*, 324-349. https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2004.06.010
29. Qureshi, A. S., Qadir, M., Heydari, N., Turral, H., & Javadi, A. (2007). *A review of management strategies for salt-proneland and water resources in Iran*. Colombo, Sri Lanka: International Water Management Institute. 30p. (IWMI Working Paper 125).
30. Rasool, S., Ahmad, A., Siddiqi, T. O., & Ahmad, P. (2013). Changes in growth, lipid peroxidation and some key antioxidant enzymes in chickpea genotypes under salt stress. *Acta Physiologia Plantarum*, *35*, 1039-1050. https://doi.org/10.1007/s1738-012-1142-4
31. Roy, F., Boye, J. I., & Simpson, B. K. (2010). Bioactive proteins and peptides in pulse crops: Pea, chickpea and lentil. *Food Research International*, *43*(2), 432-442. https://doi.org/10.1016/j.foodres.2009.09.002
32. Samineni, S., Siddique, K. H. M., Gaur, P. M., & Colmer, T. D. (2011). Salt sensitivity of the vegetative and reproductive stages in chickpea (*Cicer arietinum* L.): Podding is a particularly sensitive stage. *Environmental and Experimental Botany*, *71*, 260-268. https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2010.12.014
33. Saxena, A. K., & Rewari, R. B. (1992). Differential responses of chickpea (*Cicer arietinum* L.) rhizobium combinations to saline soil-conditions. *Biology and Fertility of Soils*, *13*, 31-34.
34. Shimada, T., Sugano, S. S., & Hara-Nishimura, I. (2011). Positive and negative peptide signals control stomatal density. *Cellular and Molecular Life Sciences*, *68*, 2081-2088. https://doi.org/10.1007/s00018-011-0685-7
35. Singla, R., & Garg, N. (2005). Influence of salinity on growth and yield attributes in chickpea cultivars. *Turkish Journal of Agriculture and Forestry*, *29*, 231-235.
36. Sudhir, P., & Murthy, S. D. S. (2004). Effects of salt stress on basic processes of photosynthesis. *Photosynthetica*, *42*, 481-486. https://doi.org/10.1007/S11099-005-0001-6
37. Sultan, N., Ikeda, T., & Itoh, R. (1999). Effect NaCl salinity on photosynthesis and dry matter accumulation in developing rice grains. *Environmental and Exprimental Botany*, *42*, 211-220. https://doi.org/10.1016/S0098-8472(00)00049-6
38. Taiz, L., & Zeiger, E. (2010). *Plant physiology* 5th Ed. Sunderland, MA: Sinauer Associates, 464.
39. Varshney, R. K., Hiremath, P. J., Lekha, P., Kashiwagi, J., Balaji, J., Deokar, A. A., Vadez, V., Xiao, Y., Srinivasan, R., & Gaur, P. M. (2009). A comprehensive resource of drought-and salinity-responsive ESTs for gene discovery and marker development in chickpea (*Cicer arietinum* L.). *BMC Genomics*, *10*, 523-540. https://doi.org/10.1186/1471-2164-10-523
40. White, P. J., & Broadley, M. R. (2001). Chloride in soils and its uptake and movement within the plant: A review. *Annals of Botany*, *88*, 967-988. https://doi.org/10.1006/anbo.2001.1540
41. Zaccardelli, M., Sonnante, G., Lupo, F., Piergiovanni, A. R., Leghetti, G., Sparvoli, F., & Lioi, L. (2013). Characterization of Italian chickpea (*Cicer arietinum* L.) germplasm by multidisciplinary approach. *Genetics Resources and Crop Evolution*, *60*, 865-877. https://doi.org/10.1007/s10722-012-9884-9
42. Zhang, G., & Deng, C. (2012). Gas exchange and chlorophyll fluorescence of salinity-alkalinity stressed Phragmites australis seedlings. *Journal of Food, Agriculture and Environment*, *10*, 880-884.